

## ИНФОРМАЦИЯ

### Стратегии за превенция и контрол на Африканската чума по свинете и напредък в повторното заселване на свинефермите в Китай



#### Абстракт

Африканската чума по свинете (АЧС) е опустошително, заразно, вирусно заболяване при домашни и диви прасета. След първото избухване на АЧС през август 2018 г. в Китай, болестта се разпространи в цялата страна с безпрецедентна скорост, причинявайки големи загуби на свиневъдството и свързаните с него индустрии. В резултат на това спешно се наложи разработване на стратегии за управление на болестта. Екип от китайски учени, представители от водещи в областта на ветеринарната епидемиология институти<sup>1</sup>, разработи настоящия документ, който обобщава важните аспекти на три ключови елемента за предаването на вируса на африканската чума по свинете (ASFV), включително източниците на инфекция, пътищата на предаване и възприемчивите животни. Той прави преглед на съответните стратегии за превенция и контрол, като се фокусира върху напредъка в научните изследвания на ваксини срещу АЧС, антивирусни препарати срещу ASFV, генетично детерминирана устойчивост на прасетата към вируса на АЧС, ефективна дезинфекция и биосигурност на свиневъдните ферми. След това са разгледани ключовите технически точки относно повторното заселване на свинеферми, което е от решаващо значение за месодобивната индустрия. Научната публикация предоставя не само теоретична основа, но и практически

<sup>1</sup> 1. Лаборатория на провинция Гуандун за развитие и оценка на безопасността на ветеринарната фармацевтика, Колеж по ветеринарна медицина, Южнокитайски селскостопански университет, Гуанджоу, Китай;  
2. Колеж по животновъдство, Южнокитайски селскостопански университет, Гуанджоу, Китай;  
3. Изследователски център за превенция и контрол на африканската чума по свинете, Колеж по ветеринарна медицина, Южнокитайски селскостопански университет, Гуанджоу, Китай;  
4. Heilongjiang Dabeinong Agriculture and Animal Husbandry Food Company Limited, Харбин 150028, Китай;  
5. Държавна ключова лаборатория по ветеринарна биотехнология, Институт за ветеринарни изследвания в Харбин, Китайска академия на селскостопанските науки, Харбин, Китай;

стратегии за ефективно справяне с епидемията от АЧС и възстановяване на свиневъдството.

**Ключови думи:** африканска чума по свинете; инфекция; предаване; биосигурност; повторно заселване.

## 1. Въведение

Африканската чума по свинете (АЧС) е силно заразно вирусно заболяване, причинено от инфекция с вируса на африканската чума по свинете (ASFV), със заболяемост и смъртност, близки до 100%. Това заболяване е съобщено за първи път в Кения през 1921 г. и оттогава са настъпили няколко важни междуконтинентални предавания.

През август 2018 г. първият случай на АЧС в Китай беше идентифициран в град Шенян, провинция Ляонин. След това ASFV се разпространи в цялата страна с изключително бързи темпове, като доведе до сериозно намаляване на популацията на свине и причини тежки загуби на свиневъдството. Според данните, публикувани от Министерството на земеделието и селските въпроси на Китай (MARA) и Международната организация по здравеопазване на животните (OIE – Office International des Epizooties), до ноември 2021 г. Китай е докладвал 203 случая на АЧС и е унищожил 1,193 милиона прасета. В самото начало на епидемията от АЧС в Китай, повече от 50% от свинете в света са били отглеждани в Китай; над 99% от китайските свинеферми са малки ферми, които произвеждат по-малко от 500 прасета годишно. Нивото на биосигурност в тези ферми е или много ниско, или почти никакво. Изчислено е, че АЧС може да доведе до загуба от 16,5 милиарда щатски долара през първата година, ако избухне в Съединените щати. Важно е, че броят на живите прасета, отглеждани в Китай, е шест пъти по-голям от този в Съединените щати. Следователно може да се спекулира, че преките икономически загуби, причинени от пандемията на АЧС в Китай, са много по-големи от това. Освен това има значително влияние върху цялостното икономическо развитие и препитанието на хората. Поради това има спешна необходимост от ефективно предотвратяване и контрол на АЧС, за да се възстанови производството на свине. Този преглед обобщава ключовите елементи в предаването, превенцията и контрола на АЧС и предоставя ключов технически поглед върху повторното заселване на свинеферми.

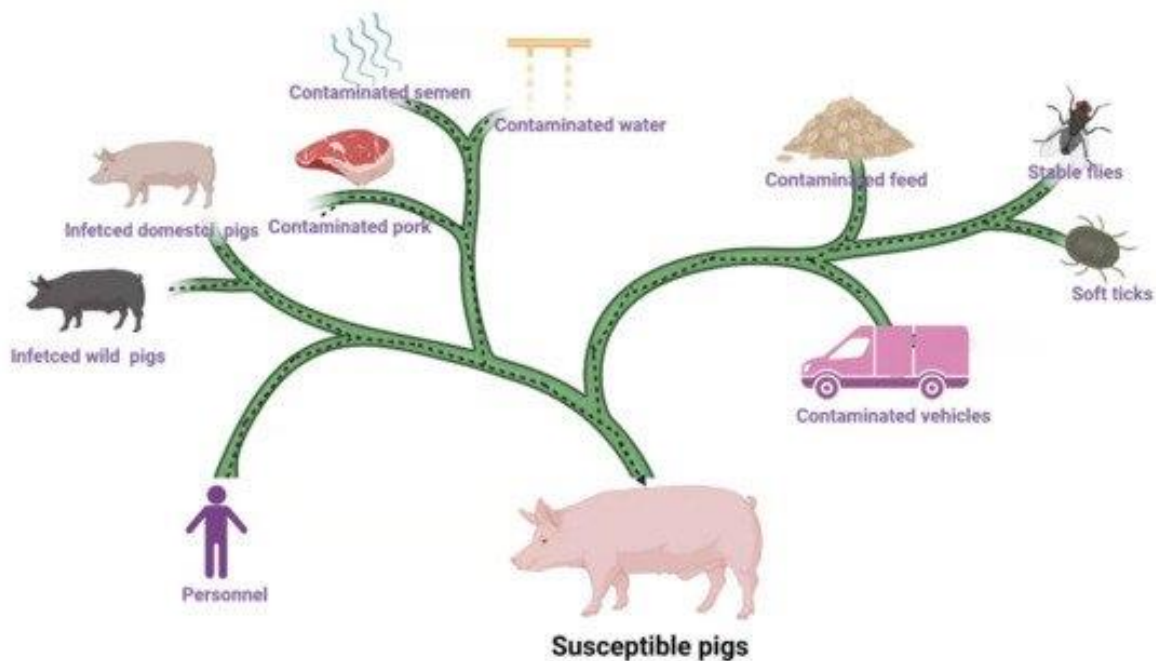
## 2. Три ключови елемента в предаването на ASFV

### 2.1. Източник на инфекция

Източникът на ASFV е показан на Фигура 1. **Инфектирани домашни прасета, диви прасета, меки кърлежи, замърсени фуражи (включително суровини и помия), вода, сперма, свинско месо, персонал, превозни средства и инструменти** са основните източници на ASFV. Освен това **оборните мухи, пиявици и други кръвосмучещи насекоми** също могат да бъдат източници на ASFV.

Данните, публикувани от MARA, показват, че между август и ноември 2018 г. 34% от огнищата на АЧС са били причинени от хранене с помия, 46% от хора и превозни средства и 19% от живи прасета и продукти от свинско месо.

Съобщава се, че сред 100 случая на инфекция с АЧС, 42% от тях са причинени от хранене с помия, 40% от заразени хора и превозни средства, 16% от заразени прасета и продукти, пренасящи вируси, и 2% от диви свине.



**Фигура 1. Източник на инфекция с ASFV.** Заразените домашни прасета, диви прасета, меки кърлежи, заразена храна, вода, сперма, свинско месо, персонал, превозни средства и инструменти са основните източници на ASFV. Оборните мухи и други насекоми (пиявици, бръмбари от подсем. *Triatominae* и свински въшки могат да разпространят ASFV.

Епидемиологичното проучване показва, че заразените домашни и диви прасета и заразените фуражи, персонал, превозни средства и свинско месо са основните източници на инфекция в Китай [11,17]. (Номерът на споразумението за авторски права е LR23BRLD53).

Източниците на инфекцията могат да носят вируса дълго време, което е една от трудностите при предотвратяването и контрола на АЧС. Африкански брадавичести свине (*Phacochoerus africanus*), Речната свиня (*Potamochoerus larvatus*) и меките кърлежи от *Ornithodoros* spp. са резервоарните гостоприемници на ASFV в Африка. *Ornithodoros maroccanus* носи вируса в продължение на 655 дни или дори 5 години, а с другите кърлежи *Ornithodoros*, като *O. porcinus*, поддържат сивлатичния цикъл на ASFV с пустинните брадавичести свине (*Phacochoerus aethiopicus*).

От епидемиологична гледна точка, обаче вирусът АЧС от генотип II, който циркулира в други региони на Света, извън Африка не се нуждае от междинни гостоприемници. Освен това остава неясно колко дълго възстановените прасета могат да носят вируса и колко често могат да отделят вируса. Съобщава се, че възстановените прасета все още могат да отделят ASFV и да заразят податливи прасета 6 месеца след инфекцията с ASFV. Циркулацията на ASFV може да продължи за дълъг период от време в популациите на диви свине поради постоянното влизане на чувствителни прасета.

Упоритата жизненост и силната устойчивост на инактивиране на ASFV са два други аспекта, които правят подобни епидемии трудни за управление.

ASFV оцелява **11 дни в изпражнения** при стайна температура, **един месец в заразена кочина**, **18 месеца в кръв**, съхранявана при 4 °С, и **няколко години в замразено месо**. Ефективна дезинфекция на АЧС може да се постигне само когато се използва препоръчителната концентрация на дезинфектант и е осигурено време за контакт. Необходими са 30 минути за инактивиране на ASFV с 0,8% натриев хидроксид,

2,3% хлорен препарат, 3% о-фенилфенол, 0,3% формалин и 1% калциев хидроксид. Въпреки това, действителната продължителност на дезинфекция в свинефермите е много по-кратка от тази и се влошава от различни органични вещества като протеини, което затруднява унищожаването на вируса в околната среда или по повърхностите на обектите.

## 2.2. Път на предаване

### 2.2.1. Орално предаване

**Поглъщането на заражена с вируси храна, пиенето на заражена вода и поглъщането на вирусни частици от инфекциозни източници са най-важните пътища за предаване на ASFV чрез орално заразяване.**

При симулирано проучване за трансокеански транспорт на ASFV от Европа до Съединените щати, живи вируси бяха открити в различни храни, което предполага, че храните могат да носят инфекциозен вирус [29]. Niederwerder et al. демонстрира, че прасетата, които са погълнали фуражи, заразени с щам *Georgia 2007/1*, са били заразени с минимална инфекциозна доза ASFV от 104 TCID<sub>50</sub> и средната инфекциозна доза е 106,8 TCID<sub>50</sub> [30]. Изненадващо, минималната инфекциозна доза ASFV в питейната вода е само 1 TCID<sub>50</sub>, а средната инфекциозна доза е 10 TCID<sub>50</sub> в същото проучване [30], което показва, че **предаването на ASFV през питейната вода е много по-ефективно от това чрез храната**. Greig et al. съобщават, че оралната средна инфекциозна доза на високо вирулентен щам на ASFV от Танзания чрез поглъщане на заражена храна е 105,4 HAD<sub>50</sub> [31].

Досега все още знаем относително малко за факторите, които са важни за предаването на ASFV чрез замърсена храна [13]. Като се има предвид, че инкубационният период на заразените прасета е 3-19 дни, вирусът може да бъде открит в слюнката на заразените свине още на 2-рия ден след инфекцията, когато се отделят голям брой вируси [2,32]. **Следователно, интензивните свинеферми трябва да поставят безопасността за питейната вода и фуража на особено важно място в системата за биосигурност. Традиционният режим на пиене и хранене на линейни, дълги общи корита в блока за бременни свине, който е популярен в свиневъдните ферми в Азия, трябва да бъде променен в нов модел на независима поилка за вода и купа за хранене.**

Няколко проучвания съобщават, че жизнеспособни вируси са открити в **назална течност, ректална течност, урина и други екскреции от заразени с ASFV прасета** [14,26,33]. Монтгомъри показа в своето проучване, че домашните прасета са били заразени при консумация на замърсени с изпражнения и урина фуражи с вирулентен кенийски щам на ASFV [3]. Освен това се съобщава, че 9,7–36,1% от заразените прасета показват симптоми на орално, назално, анално или вагинално кървене в ранния стадий на острата инфекция с ASFV, а титърът на вируса в кръвта е много висок [2,34]. Следователно, той лесно води до замърсяване на околната среда, включително фураж и питейна вода, и се предава на околните прасета. Поради това е важно да се идентифицират и унищожат заразените прасета възможно най-рано.

Освен това **храненето с помия (кухненски остатъци)** във времето е доказан като важен начин за разпространение на ASFV [35], което също често е важен път за предаване по време на ранното разпространение на ASFV и в Китай [11,17].

Освен това, последните епидемиологични изследвания на **прясна трева и семена, замърсени със секрети от инфекциозни диви свине**, са възможни източници на инфекция за прасетата в задния двор [13]. Например, единадесет случая на инфекция с



ASFV, произхождащи от дива свиня, са докладвани в Китай, Далечния изток на Русия и северните области на Южна Корея [7]. Въпреки това, разпределението на популацията на азиатската дива свиня и епидемиологичната информация за ASFV в популацията на азиатската дива свиня остават неясни.

### 2.2.2. Аерозолно предаване

Заразените с ASFV прасета изхвърлят вируси в околната среда чрез екскреции и секрети, а **титърът на вируса в тяхната слюнка, назална течност, изпражнения и урина е особено висок по време на острия фаза** [36]. Когато прасетата имат симптоми като кихане и кашляне, тези инфекциозни секрети могат да бъдат разпръснати и превърнати в аерозолни капки, пренасящи вируси. Когато изпражненията или урината, носещи вируса, се изсушат, вдигането на прах от движението на животни, може също да генерира аерозоли, пренасящи вирус [37]. **Установено е, че титърът на ASFV във въздуха е положително свързан с количеството вирус, екскретиран в изпражненията.** В острия стадий на АЧС, когато в изпражненията се появи висок титър на ASFV, се открива и голямо вирусно натоварване в околния въздух. Въпреки това, няма пряка връзка между натоварването с ASFV във въздуха и нивото на вирусна екскреция в устните и назалните секрети [37,38]. Предполага се, че вирусът във въздуха вероятно идва от изпражненията и праховите частици, носещи вирус.

Полуживотът на ASFV във въздуха е 19,2 минути (qPCR тест, оценка на физическото разпадане на ASFV) или 14,1 минути (определяне на вирусен титър и оценка на физическото и биологичното разпадане на ASFV) [37]. Вирусът може постоянно да се носи във въздуха на свинарника или да следва въздушния поток към отворите на вентилацията. Намерено е количество около 3 log<sub>10</sub> TCID<sub>50</sub> еквивалент вирус на кубичен метър въздух. Прасе с 25 kg телесно тегло вдишва 15 L въздух в минута и е изчислено, че е изложено на 4 log<sub>10</sub> TCID<sub>50</sub> еквивалент на вируса всеки ден, което би било достатъчно, за да причини инфекция при чувствително прасе [38,39].

Wilkinson et al. демонстрираха, **че ASFV може да се предава по въздух, с максимално разстояние на предаване от 2,3 m между болни и здрави прасета**, но вирусът не е открит във въздуха [40]. De Carvalho Ferreira et al. съобщават, че ASFV е открит количествено във въздуха и вентилационните въздушни отвори на хале със заразени с вируса прасета [37]. Olesen et al. потвърди, че ASFV може да се предава чрез аерозоли [33]. **В заключение, ASFV може да се предава в свинеферми под формата на аерозоли, което може да бъде важен начин за предаване на ASFV вътре в помещенията на свинефермите.**

### 2.2.3. Пренасяне от насекоми

ASFV е единственият известен ДНК вирус, който може да се предава чрез вектори [36, 41, 42]. Засега само чрез меките кърлежи от *Ornithodoros* spp. Установено е, че те улесняват репликацията на ASFV и са най-често срещаният вектор на вируса [26]. За това от епидемиологична гледна точка може да се каже, че АЧС е „болест“ на кърлежите преносители. Първият документиран случай на изолиране на ASFV при кърлежи (*O. erraticus*) е регистриран в Испания през 60-те години на миналия век [43, 44]. Оттогава е установено, че **осем вида кърлежи от *Ornithodoros* spp.** участват в предаването на ASFV [19].

**ASFV може да се предава хоризонтално, сексуално, трансвариално и трансстадиално при кърлежите от *Ornithodoros* spp.** [36, 44]. Някои видове кърлежи *Ornithodoros* могат да пренасят тези вируси дълго време след заразяването [44, 45]. Кърлежите *Ornithodoros* предпочитат да живеят в гнезда на диви прасета, а възрастните

могат да живеят десетилетия и да оцелеят дълго време без да ядат, което прави меките кърлежи *Ornithodoros* идеален резервоар за ASFV и поддържа ASFV в силватичния цикъл сред пустинните брадавичести свине (*Phacochoerus aethiopicus*) [19, 21].

Кърлежите *Ornithodoros*, за които е потвърдено, че могат да предават ASFV на чувствителни прасета, включват видовете *O. coriaceus*, *O. puertoricensis*, *O. turicata*, *O. erraticus*, *O. maroccanus*, *O. moubata* complex, *O. moubata porcinus* и *O. savignyi*.

Засега обаче не се съобщава за разпространението им в Китай. Други видове *Ornithodoros* (*O. tartakovskyi*, *O. tholozani*, *O. capensis* Neumann, *O. papillipes* и *O. lahorensis* Neumann) са идентифицирани в Китай [45, 46], като все още не е известно дали тези видове участват в разпространението на АЧС.

Съобщава се, че *Dermacentor reticulatus*, вид твърд кърлеж, също е заразен с ASFV и може да поддържа инфекцията в продължение на 56 дни [19, 47]. Нов вид ASFV, който може да зарази твърди кърлежи (*D. silvarum* и *D. niveus*), беше открит в Китай през 2018 г. и този нов тип ASFV може да се предава през яйчниците от възрастни женски на *D. niveus* до ларвите от първо поколение [47]. Въпреки това, нито едно от двете проучвания не показва, че твърдите кърлежи са в състояние да предават ASFV на чувствителни прасета.

Докладвани са и други насекоми, които могат да разпространят ASFV. Например, оборните мухи (*Stomoxys calcitrans*) могат да бъдат заразени с ASFV и да поддържат откриваем брой вируси в продължение на поне два дни. [48] Освен това проучванията потвърждават, че оборните мухи могат не само механично да предават ASFV на податливи прасета [48], но също така да предават вируса чрез ухапване. Съобщава се дори, че погълнати *per os* оборни мухи, заразени с ASFV, могат да предават инфекцията. [16]

Понастоящем обаче не е ясно каква роля, ако има такава, играят оборните мухи в епидемиологията на ASFV. Освен това, скорошни проучвания показват, че ASFV може да персистира в пиявици (*Hirudo medicinalis*) и целуващи бръмбари (семейство: *Reduviidae*, подсемейство: *Triatominae*) [15, 19]. ASFV също е открит при свински въшки (*Haematopinus suis*), събрани от експериментално заразени домашни прасета [13, 49], докато личинките от мухи не са резервоарни гостоприемници на ASFV и не могат механично да разпространяват ASFV [50].

#### 2.2.4. Ятрогенно<sup>2</sup> предаване

ASFV може да се разпространи от прасета, носители на вируси, към чувствителни прасета чрез **заразено медицинско оборудване**, като общи имунизационни игли, известно като **ятрогенно предаване** [5, 27]. Няколко проучвания съобщават, че кръвта от заразени с ASFV прасета носи достатъчно вирус за разпространение на инфекция [2, 14, 51], така че ятрогенният път може да играе значителна роля в предаването на ASFV. Въпреки това, ефективността на инфекцията на този път и неговото значение в епидемиологията на ASFV остават недостатъчно проучени.

В Китай е наблюдавано, че по време на ранния стадий в огнище на АЧС в интензивни свинеферми бременните свине майки често са били засегнати по-бързо от други групи свине (като новоотбити подрастващи прасета и прасета за угояване). Това може да е свързано със споделено заразяване с игла по време на множество имунизации в рамките на инкубационния период на АЧС. Чрез мерките за отпадане на някои

<sup>2</sup> Буквалният превод на термина от гръцки език е „причинен от лечителя“ (от *iatros*, „лечител“), което само по себе си може да се отнася както до положителните, така и до отрицателните ефекти от лечението.

ваксини, намаляване на честотата на масовата ваксинация и стриктно практикуване на индивидуални игли за ваксиниране на всяка свиня, процентът на заболяемост сред свинете намаля значително при неотдашните огнища на АЧС в Китай.

### 2.2.5. Предаване чрез семенна течност

Няма преки доказателства, които да показват дали ASFV се предава чрез спермата [26]. Някои проучвания обаче показват, че ASFV може да бъде открит в сперма от заразени нерези [52]. Световната организация за здравеопазване на животните (OIE) обнародва Кодекса за здравето на сухоземните животни, който постановява, че спермата от глиган не носи ASFV.

### 2.2.6. Вертикално предаване

Schlafer и Mebus съобщават, че инфекцията с ASFV е довела до аборт при свине майки при експериментални условия, но не успяват да изолира вируса от тъканите, събрани от абортирани фетуси. Предполага се, че абортът може да бъде причинен от стрес от инфекция при свинете майки, а не от вертикално предаване на самия вирус [53].

Antiabong et al. са предостави молекулярно доказателство за вертикално предаване на вируса. В проучването, ДНК на ASFV е открита в плацентата и феталните органи на свине, показващи клинични симптоми на АЧС, което предполага, че вертикалното предаване на АЧС може да се случи през плацентата [54]. Засега обаче други случаи не са регистрирани.

Обобщението на различните пътища на предаване на ASFV, както и техните характеристики и ефективност на предаване са отразени в Таблица 1.

*Таблица 1. Различни пътища на предаване на АЧС и техните характеристики и ефективност на предаване.*

<i>Път на предаване</i>	<i>Характеристики</i>	<i>Ефективност на предаването</i>
<i>Орално предаване</i>	Поглъщане на заразена с вируси храна, пиене на замърсена вода или поглъщане на вирусни частици.	Най-важният път на предаване на АЧС; <b>ефективността на предаване чрез питейна вода е много по-висока от тази чрез храна.</b>
<i>Аерозолно предаване</i>	Титърът на ASFV във въздуха е пряко свързан с количеството вирус, екскретиран в изпражненията.	ASFV може да се разпространи в халето на свинефермата на кратко разстояние чрез аерозоли.
<i>Предаване чрез насекоми</i>	ASFV е единственият известен ДНК вирус, пренасян от насекоми; кърлежите <i>Ornithodoros spp.</i> са най-често срещаният вектор, въпреки че други насекоми (оборни мухи, пиявици, целуващи бръмбари и свински въшки) също могат да пренасят ASFV.	Меките кърлежи от <i>Ornithodoros spp.</i> са идеален резервоар за вируса на АЧС и за поддържане на сиватичния му цикъл сред пустинните брадавичести свине и видовете кърлежи <i>Ornithodoros</i> .
<i>Ятрогенно предаване</i>	Когато прасета, носители на вирус на АЧС, и чувствителни прасета се имунизират или инжектират с терапевтична цел с една и съща игла.	Ефективността на инфекцията на ятрогенното предаване и нейното значение в епидемиологията на ASFV тепърва ще бъдат оценявани.
<i>Предаване чрез семенна течност</i>	ASFV може да бъде изолиран от сперма на заразени нерези, но няма преки доказателства, че ASFV може да се предава чрез сперма;	Липсват убедителни данни.

	Здравният кодекс за сухоzemните животни предвижда, че спермата от глиган не трябва да носи ASFV.	
<b>Вертикално предаване</b>	Все още липсват знания и данни за вертикалното предаване на ASFV, с изключение на едно проучване, отчитащо молекулярно доказателство за вертикално предаване на вируса.	В момента е трудно да се направят изводи.

### 2.3. Възприемчиви животни

ASFV заразява предимно членовете на семейство **Свиноеви (*Suidae*)**, като **домашни прасета, диви прасета и скитащи прасета, както и меки кърлежи *Ornithodoros spp.*** Клиничните симптоми обаче се наблюдават само при домашни прасета, свободно отглеждани прасета и Европейските диви прасета, докато брадавическите свине (*Phacochoerus africanus* и *P. aethiopicus*), *bush hogs* (Четкоуха свиня – *Potamochoerus porcus* и Речна свиня – *P. larvatus*) и гигантските горски свине (Гигантската горска свиня – *Hylochoerus meinertzhageni*) са само носители на ASFV, без клинични изяви на заболяване и действат като резервоарни гостоприемници на вируса [3,20,27].

Опитите за изкуствено заразяване на други животни (**едър рогат добитък, телета, кон, овца, куче, котка, морско свинче, волове, таралеж, хамстер, плъх, мишка и различни птици**) се провалиха [3, 36, 55]. Няколко проучвания показват, че ASFV може да се размножава **при зайци и кози**, след като агентът е модифициран чрез множество експериментални инфекции [55]. Кръвните проби от **гризачи и птици**, събрани от засегнати от АЧС ферми в Литва и Русия, са били отрицателни за ASFV [13].

Chen et al. тества *Dermacentor (Ixodidae)* **твърди кърлежи (*D. nuttalli*, *D. silvarum* и *D. niveus*)** и овча и говежда кръв и открива ДНК фрагменти на ASFV в проби от *D. silvarum*, *D. niveus* и овча кръв. Допълнителният анализ на ДНК последователността показва, че е от нов тип ASFV. Трансовариалното предаване на този нов тип ASFV в твърди кърлежи *Dermacentor (Ixodidae)* (*D. niveus*) беше потвърдено чрез PCR. **Авторите смятат, че този нов щам на ASFV има по-широк кръг от гостоприемници, като овце, говеда и твърди кърлежи** [47]. Въпреки това, тъй като изследователите не са изолирали вируса и не са провели експерименти за инфекция с животни, на **това заключение трябва да се гледа с повишено внимание.**

## 3. Стратегии за превенция и контрол

### 3.1. Ваксина срещу ASFV

Ваксинацията е една от най-добрите мерки за контрол на вирусни заболявания по животните. **В момента обаче няма налична ефективна ваксина срещу АЧС.**

ASFV е голям двуверижен ДНК вирус със сложна структура и голям геном (170~190 kb). Той кодира голямо разнообразие от протеини (около 170 протеина), включително различни имунно интерфериращи протеини [7]. Въпреки че някои от вирусните протеини са имуногенни, основните антигенни епитопи не са определени и точният механизъм на защитния отговор не е ясен, което възпрепятства разработването на ваксина срещу АЧС [7, 56].



Разработването на ваксината срещу АЧС започва през 60-те години на миналия век. Изследователите са изследвали и тествали различни видове ваксини срещу АЧС, включително инактивирани ваксини [57, 58, 59], ДНК ваксини [60,61], субединични ваксини [62] и вирусни векторни ваксини [63, 64]. За съжаление, почти всички усилия за разработване на ваксини срещу АЧС са се провалили.

**Доказано е, че инактивираните ваксини са неефективни, тъй като изглеждат не предизвикват клетъчен имунитет, дори когато са добавени имунни адюванти.**

Субединичните ваксини не биха могли да работят добре, когато основният неутрализиращ антиген все още предстои да бъде идентифициран.

Повечето ДНК ваксини произвеждат само частичен или дори никакъв защитен ефект, с изключение на един **набор от векторни ваксини**, който наскоро показва 100% защита [7, 17, 65, 66].

Интересното е, че **живите атенюирани вирусни ваксини (LAVs)** срещу ASFV ще бъдат по-обещаващи. Например, някои скорошни генно-модифицирани LAVs показва голям потенциал [8, 67, 68, 69, 70]. Въпреки това, няма подходяща пасажна клетъчна линия, която да поддържа производството на такива ASF LAVs. Освен това трябва да се разработи техниката за диференциране на ваксинираните от инфектираните (DIVA – стратегия за разграничаване на инфектираните с ASFV от ваксинираните животни) и трябва да се обърне подходящо внимание на мерките за био-безопасност на такива ваксини (опасност от възвръщане на вирулентността на щамовете след приложение и циркулация на ваксиналния вирус в стадата ваксинирани свине). Това са ключовите фактори, които понастоящем ограничават развитието на ASF LAVs и използването на живи ваксини срещу АЧС [7].

### 3.2. Противовирусни препарати

През последните няколко десетилетия са документирани някои съединения или налични в търговската мрежа субстанции с анти-ASFV активност *in vitro*.

Colpitts et al. съобщава, че **aUY11, ароматно нуклеозидно производно**, не само има значителна инхибиторна активност срещу вируси, като вируса на грип А (IAV) и вируса на хепатит С (HCV) [71], но също така може да инхибира пролиферацията на ASFV по известен начин във Vero клетки [72].

Освен това Freitas и Mottola и други откриват, че **флуорохинолоните** могат да инхибират репликацията на вируса чрез блокиране на ДНК-Торо II на ASFV [73, 74].

Gallardo et al. откри, че **полифенолите като ресвератрол и окисления ресвератрол** могат да инхибират пролиферацията на ASFV чрез потискане на репликацията на вирусна ДНК и късния вирусен протеинов синтез [75].

Sánchez et al. съобщават, че **амилоридът**, лекарство, използвано при клиничното лечение на едематозни заболявания, като ефективен инхибитор на макрофагоцитозата, има значителна анти-ASFV активност върху Vero клетките [76]. Въпреки това, изследванията върху тези съединения са проучвани само на клетъчно ниво *in vitro* и техните потенциални ефекти при прасета, заразени с ASFV, следва да бъдат изпитани и възможностите им определени.

### 3.3. Устойчиви на АЧС прасета

В продължение на век учени от цял свят неуморно проверяват и изследват устойчиви на АЧС прасета, но с малък успех. Най-ранният доклад за устойчиви на ASFV прасета в света може да се проследи до 1914 – 1917 г. Чрез тестове за предизвикателство със заразяване. Монтгомъри потвърди, че ASFV има напълно различна патогенност спрямо домашни свине и африкански диви прасета (африкански *bush hog* и брадавичести прасета);

Заразяването на домашните свине с вируса на АЧС причинява обширно увреждане на сърцето, белите дробове, далака, стомаха, бъбреците и лимфоидната тъкан, което води до 100% смъртност.

Що се отнася до *bush hog* и брадавичестите свине, те нямат почти никакви клинични симптоми и при тях няма смъртни случаи [3]. Това проучване първо потвърди, че африканските *bush hog* и брадавичестите свине са устойчиви на ASFV.

**Всъщност, африканската брадавичеста свиня, *bush hog* прасетата и гигантската горска свиня, играят ролята на резервоар-гостоприемници на ASFV, и могат да бъдат асимптоматично заразени с ASFV [77, 78] и да покажат очевидна резистентност към ASFV [79];**

Обаче почти всички домашни прасета от всички възрасти и породи са податливи на ASFV, развивайки различна степен на клинични симптоми [18, 80]. Въпреки че разликата в резистентността към ASFV вероятно е свързана с генетичните различия на различните породи свине, ние все още не знаем генетичните детерминанти на чувствителността към ASFV [77]. Palgrave et al. сравнява геномите на брадавичестите свине и домашните прасета и установява разлика в Rel-подобния домейн, участващ в трансдукцията на NF-κB цитокинов сигнал, съдържащ протеин A (RELA, известен също като P65) между тези два вида, което предполага, че тази разлика в гените може да бъде генетична основа на различна чувствителност към инфекция с ASFV между брадавичестите свине и домашното прасе [81].

Lillico et al. използва технология за редактиране на гени и заменя гена RELA на домашно прасе с хомоложен ген RELA на брадавичеста свиня [82, 83]; въпреки това резултатите показват, че заместването на NF-κB мотивите на брадавичестите свине в RELA на домашни прасета не е достатъчно за придаване на резистентност към ASFV [84]. Едно ранно проучване установи, че CD163 е макрофаг-специфичен рецептор за инфекция с ASFV [85], което предполага, че устойчивите на ASFV прасета могат да бъдат създадени чрез нокаутиране на гена CD163. Интересно е, че прасетата, с изтрети CD163, са съобщени, че са резистентни към инфекция с PRRSV [86]. Въпреки това, последващи проучвания потвърждават, че CD163 не е основен рецептор за инфекция с ASFV [87, 88], като по този начин намалява осъществимостта на това предположение.

В допълнение към технологията за редактиране на гени, друг начин за отглеждане на устойчиви на ASFV прасета е **събирането и скринингът на толерантни прасета, които са оцелели в страни или региони с огнище на ASFV**. Чрез проверка на научни експерименти могат да бъдат избрани естествени устойчиви на АЧС прасета. Penrith et al. проучиха група домашни прасета с по-висока резистентност към ASFV (с високо разпространение на циркулиращи антитела срещу ASFV) в Северен Мозамбик, за да установят дали тяхното потомство има наследствена резистентност към ASFV; за съжаление, след като 105-те потомци бяха предизвикани, 104 от тях развиха остра АЧС и в крайна сметка умряха [89]. Всъщност скринингът на естествено устойчиви на АЧС

прасета е трудоемка задача с дългосрочно, широкомащабно проучване и пробонабиране, отнема време и може би също изисква и късмет.

През март 2020 г. изследователски екип от Китай съобщи за **устойчивите на АЧС домашни свине LS-2**, което беше първият път, когато устойчивите на АЧС домашни свине бяха успешно идентифицирани в света и това е от голямо значение за скрининга на АЧС- устойчиви прасета [90]. Това проучване е проведено в лаборатория BSL-3, чрез тест за провокация на вирулентен щам на ASFV генотип II, комбиниран с анализ на характеристиките на антиинфекциозен отговор, и е установено, че прасетата LS-2 са значително устойчиви на орална инфекция от 106.0 TCID50 ASFV SY18 щам; в сравнение с обикновените домашни прасета, прасетата LS-2 показват значително подобрение в степента на преживяемост, времето, клиничните симптоми и отговора на антителата след заразяване, а също така има значителни разлики в експресията на възпалителния фактор [90].

**Докладът [90] повдигна друга възможност за превенция и контрол на АЧС, т.е. отглеждане на естествено устойчиви на АЧС домашни свине.** Поради тази причина е необходимо допълнително да се проучи резистентността на домашните прасета LS-2 към ASFV:

(1) Разнообразие от щамове на вируса на АЧС, включително тези от различни генотипове, трябва да се използват за предизвикване на LS-2 прасета, за да се изследват границите на тяхната устойчивост на ASFV.

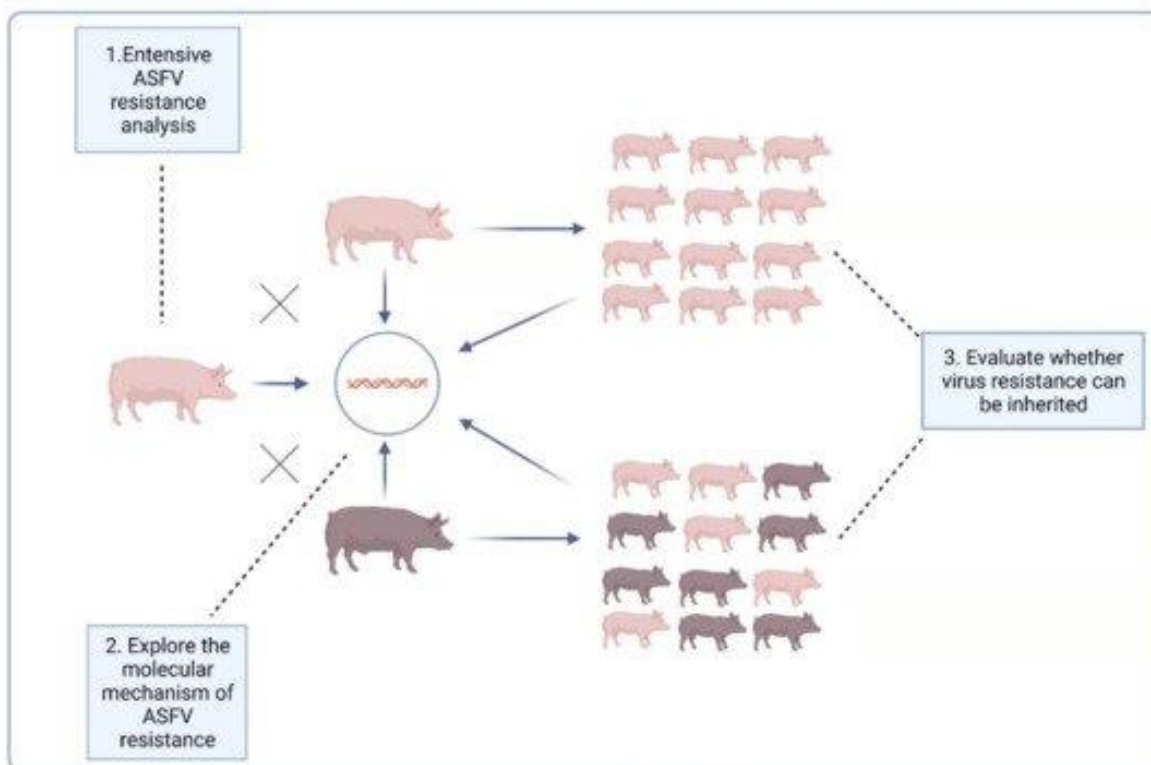
(2) Както оралният, така и ятрогенният път са възможни начини за заразяване на прасетата с ASFV; следователно, при експерименталните условия, вирусното предизвикателство също трябва да използва различни методи на инфектиране, като орално приложение и интрамускулно инжектиране, за да се провери изчерпателно устойчивостта на ASFV на LS-2 прасета при тези различни обстоятелства.

(3) За двупосочния сентинелен тест за прасета бяха създадени две експериментални групи: обикновени домашни прасета и LS-2 прасета бяха отгледани в една и съща кошара, а една група обикновени домашни прасета беше предизвикана за да се наблюдава въздействието върху производителността на прасетата LS-2; другата група свине LS-2 също беше предизвикана и се наблюдава влиянието върху производителността на обикновените домашни свине.

(4) Устойчивостта на ASFV на потомството на LS-2 прасенца трябва да бъде оценена, за да се проучи дали техните характеристики на резистентност към вируси могат да бъдат наследени, е особено необходимо да се оцени дали хибридно потомство на LS-2 и Duroc има резистентност към ASFV.

(5) Антивирусният механизъм на устойчиви на АЧС прасета трябва да бъде проучен на молекулярно ниво, след което трябва да се предостави теоретична основа за развъждането на резистентност към болести.

Обобщение на горните пет изследователски въпроса са илюстрирани в три нива на **фигура 2**.



Фигура 2. Три нива на характеристиките на резистентност към LS-2 ASFV, които трябва да бъдат допълнително проучени.

### 3.4. Ефективна дезинфекция

Дезинфекцията е начинът за унищожаване на инфекциозни организми чрез използване на химически или физически агенти [91]. Ефективните стратегии за дезинфекция изискват **пълно разбиране на ASFV, подбор на правилните дезинфектанти, метода на дезинфекция, работна концентрация и продължителността на въздействие, подходящата работна температура на дезинфектантите и евентуално други параметри.**

Освен това трябва да се обмисли **внимателно предварително механично почистване преди дезинфекция** и стриктна процедура за наблюдение след дезинфекция [92]. Няколко статии описват жизнеспособността на ASFV при различни условия [26, 27, 28, 55, 93]. Основната информация е обобщена в **Таблица 2**, а различните методи за дезинфекция и тяхното общо приложение са показани в **Таблица 3**.

Като цяло, рутинната дезинфекция трябва да се извършва в райони, където свинефермата е в контакт с външния свят, като халетата за продажба, складови помещения, входовете за персонала, зона за събиране и преместване на женските на първо заплождане и т.н. **Механичното почистване преди дезинфекция е най-важният елемент в процеса на дезинфекция** [91].

В свинефермите, когато животните не могат да бъдат преместени, обикновено е неефективно да се извършва дезинфекция. Ето защо използването на режим на отглеждане „всичко пълно/всичко празно“ за намаляване на циркулацията на патогени и извършване на дезинфекция на халетата по времето, когато са празни е по-практично и ефективно [92].

Неправилната употреба на ваните за крака и ваните за автомобилните гуми трябва да се избягва, за да се постигне идеален дезинфекционен ефект. Например, дезинфектантите трябва да се презареждат на всеки 2–3 дни, да са защитени от дъжд, тъй като това ще разрежи дезинфектанта, и да са разположени така, че да се предотврати замръзване на разтвора; освен това **оборският тор, калта или други остатъци по ботушите трябва да бъдат напълно измити, преди да се накиснат в дезинфектанта, като трябва да се осигури и продължителност на накисването** [92].

Накратко, за успешната дезинфекция трябва внимателно да бъдат обмислени различни аспекти, но за неуспешна дезинфекция се изисква само една малка грешка, включително използването на прекомерно разрежен дезинфектант, непълно почистване преди дезинфекция, недостатъчно време за контакт, неподходяща температура, влажност, рН и т.н. и накрая, трябва да се проведе тест за откриване на нуклеинова киселина на ASFV, за да се наблюдава ефектът на дезинфекция. **Само една единствена малка грешка при дезинфекция може да стане широко отворена входна врата за проникване на вируса в стопанството.**

*Таблица 2. Жизнеспособност на ASFV при различни условия*

Условия	Жизнеспособност	Характеристика	Пре пратки
Температура	37 °C/11–22 дни 56 °C/60–70 min 60 °C/15–20 min	Силно устойчив на ниски температури, но чувствителен към високи температури	[26,28]
рН	3.9 < рН < 13.4, със серум/7 дни рН 13.4, без серум/21 часа рН 13.4, със серум/7 дни	Широка гама от рН устойчивост и може да бъде подобрена със серум	[26,28,94]
Кръв	Кръв съхранявана при 4 °C/18 месеца Загнила кръв/15 седмици	Кръвта усилва жизнеспособността на ASFV	[27]
Тор/бокса	Фекалии при 4 °C/8 дни Фекалии при 37 °C/3–4 дни Урина при 4 °C/15 дни Урина при 21 °C/5 дни Урина при 37 °C/2–3 дни Замърсени боксове/1 месец	Жизнеспособността на ASFV в оборски тор се влияе от температурата, а ниската температура е от полза за оцеляването на вируса	[3,95]
Свински органи и продукти	Месо при 4–8 °C/84–155 дни Осолено месо/182 дни Сушено месо/300 дни Месо със или без кости, кайма/105 дни Готвено месо (минимум за 30 мин при 70 °C)/0 дни Пушено месо/30 дни Замразено месо/1000 дни Охладено месо/110 дни Карантия/105 дни Кожа/Мазнина (дори сушени)/300 дни Далак във хладилник/>204 дни Костен мозък (в месо с кост)/180–188 дни	Вирусите в тъканите или органите могат да оцелеят дълго време, а високите температури са благоприятни за елиминирането на вирусите	[26,27]



Условия	Жизнеспособност	Характеристика	Препратки
Храна/ Вода	Храна, заразена с инфекциозна кръв, 4 °C/30 дни Вода, замърсена с инфекциозна кръв, 4 °C/>60 дни замърсен фураж, при стайна температура/1 ден замърсена вода, при стайна температура/50 дни замърсен фураж, при 4 °C/>30 дни замърсен фураж, при 4 °C/>60 дни	ASFV оцелява по-добре във вода, отколкото в храна	[26,96]
Химикали/ дезинфектанти	0,8% натриев хидроксид/30 минути 2,3% хлор (хипохлорити)/30 минути 0,3% формалин/30 минути 3% ортофенилфенол/30 минути 1% калциев хидроксид/30 минути	Определената концентрация и време за контакт на дезинфектанта са ключът към ефективното дезактивиране на ASFV	[27,28]

**Таблица 3. Различни методи за дезинфекция и тяхното общо приложение**

Вид	Характеристики	Приложение
Вода	Горещата вода разтваря неорганичните соли, емулгира мазнините, отмива органичните остатъци и лесно убива ASFV.	За почистване и дезинфекция на кошари за прасета, избягвайте да съприкосновение или опръскване на работници или странични лица.
Калциев оксид	Измиването с вар (калциев оксид, смесен с вода) има биоциден ефект върху бактериите и вирусите, включително ASFV.	Разпръснати на земята или заровени трупове след депопулация.
Дезинфектанти с хлор	Концентрацията, рН, наличието на естествени протеини и амоняк влияят върху ефикасността на дезинфектантите на базата на хлор.	Обикновено се използва при дезинфекция на вода и пречистване на отпадъчни води във висока концентрация, докато фекалният материал обикновено инхибира дезинфектантите на базата на натриев хипохлорит.
Йод и дезинфектанти на йодна основа	Йодофорите са комбинации от йод с различни носители. Твърдата вода и органичните материали намаляват активността на йодофорите.	Йодофорите се използват за общо почистване и дезинфекция, като потапяне за биберони и хирургически експозиции.
Натриев хидроксид	Разяждащи и дразнещи, потенциални опасности за околната среда и хората.	Дезинфекция на оборудване, превозни средства и канализация.
Фенолни съединения	Силна миризма, обвитите вируси са чувствителни към него, както и прасетата; малки дози могат да бъдат фатални за свинете.	Използвайте като дезинфектант за вана за крака на входовете на помещенията за животни.
Органични киселини	Бактерицидните и леки вируцидни свойства правят органичните киселини добър избор на дезинфектант при преработката на храни.	За дезинфекция на питейна вода, фуражи и зеленчуци.
Формалдехид	Опушването (фумигация) с формалдехид може да бъде извършено само когато температурата е над 13 °C и относителната влажност е над 70%.	Използва се за фумигиране на превозни средства, стаи или дори сгради, които могат да бъдат запечатани

### 3.5. Високи нива на биосигурност

В митническите служби на международните летища, корабните терминали и железопътните гари трябва да се извършват стриктни проверки и карантина на продуктите от свинско месо, за да се предотврати внасянето на всякакви видове свинско месо от международни пътници.

Остатъците от храна по международни полети, кораби или влакове трябва да се утилизират правилно [36].

След като ферма бъде потвърдена като положителна за АЧС, около заразената ферма трябва да се въведе 3-километрова защитна и 10-километрова предпазна зона за наблюдение и транспортирането на прасета трябва да бъде строго ограничено в тези райони [98]. Засегнатата свинеферма трябва да бъде депопулирана, а унищожените прасета трябва да бъдат изгорени, дълбоко заровени или компостирани и накрая, площта на фермата, както и цялото оборудване трябва да бъдат старателно дезинфекцирани, почистени и изсушени и да останат празни в продължение на най-малко 40 дни [98].

Научното проектиране на структурата на свинефермите и прилагането на строги мерки за биосигурност са предпоставки за ефективно прекъсване на пътя на предаване на ASFV, което предпазва податливите животни от инфекция с ASFV [99,100].

**Планът за биосигурност на свинефермата** включва **основно осем аспекта**, както е показано в **Таблица 4**. Сред тях, входовете за персонал и изолационните помещения трябва да бъдат изградени със специално внимание. Структурна схема на входните и изолационните помещения за персонала е показана на **фигура 3**.

**Входът за персонала е разделен на три части**, включително мръсна зона, преходна зона и чиста зона, а между двете различни зони са поставени пейки от масивно дърво (бариери), за да се избегне замърсяване на различните зони. Служителите оставят „мръсните“ си дрехи, обувки и шапки в мръсната зона, измиват ръцете си и се къпят в преходната зона, а след това обличат чисти гащеризони и ботуши, за да се преместят в **изолационните стаи, където престояват минимум 2 дни**<sup>3</sup>. През това време се събират и тестват в лаборатория тампони от стъпалата, пръстите и косата. Ако резултатите от теста са отрицателни, ще им бъде разрешено влизане във фермата. Тъй като персоналят е важен източник на инфекция с АЧС [11, 17], свинефермите трябва да обърнат специално внимание на инфраструктурното изграждане на входа и изолационните помещения за персонала, да имат строг приеман протокол и да осигурят неговото изпълнение.



**Фигура 3.** Структурната схема на входния коридор за персонала и изолационните помещения. Стрелките означават еднопосочния пешеходен маршрут. Служителите оставят „мръсните“ си дрехи, обувки и шапки в мръсната зона, измиват ръцете си и се къпят

<sup>3</sup> Научната статия е разработка на китайски учени и препоръките се отнасят само за Китай.

в преходната зона, а след това обличат чисти гащеризони и ботуши, за да се преместят в изолационните стаи, където престояват 2 дни. Сух център (60 °C, >20 минути) и помещение за дезинфекция (материали, които не издържат на високи температури, като специални лекарства или продукти за ваксини, озонова фумигация или ултравиолетово облъчване [101] могат да се използват за дезинфекция на материалите) се използват за дезинфекция на стоки. Контролната и складовата стая се използват за наблюдение на входа на персонала и съответно за съхранението на дезинфекцирани стоки. (Номерът на споразумението за авторски права е EF23BRLLLP).

Таблица 4. Контролни точки при типична система за биосигурност на свиневъдната ферма

Точка на загриженост	Основни технически параметри
Местоположение	Основният принцип на избор на място за свинеферма е да е далеч от други свинеферми, кланици, жилищни райони и транспортни линии/пътища.
Безопасност при въвеждане на прасета	Производителите на свине трябва да намалят или да спрат въвеждането на млади женски свине преди първо заплждане. В противен случай, ASFV отрицателните женски прасета трябва да бъдат въведени чрез транспортиране с камиони с въздушна филтрация и под строг контрол.
Оградно съоръжение	Оградата около свинеферма може да действа като физическа бариера, за да предотврати навлизането на външни лица в района на свинефермата и да държи дивите животни далеч от прасетата.
Рутинна дезинфекция	Ефективната дезинфекция изисква подходящи дезинфектанти, метод на дезинфекция, работна концентрация и продължителност, подходяща работна температура на дезинфектантите и внимателно механично почистване преди дезинфекция и строг след дезинфекционен мониторинг
Център за сушене на автомобили и стоки	ASFV е чувствителен към висока температура и по този начин затвореното сушилно помещение за превозно средство и добрата дезинфекция при 60 °C (>20 минути) е много полезно за осигуряване на пълно дезактивиране на ASFV.
Входен коридор за персонала и изолационна стая	Трябва да се изградят добре проектирани входове за персонала и изолационни помещения, разделени на три части, включително мръсна зона, преходна зона и чиста зона, за да се намали рискът от внасяне на ASFV от служители.
Изхвърляне на болни и умрели прасета	Аутопсията трябва да бъде забранена във или около свинефермите и проби от съмнителни свине трябва да бъдат събрани и тествани в определено помещение във фермата, разположено до трупосъбирателния пункт и точката за екарисажа, възможно най-скоро в съответствие с разпоредбите за безопасно вземане на проби, транспортиране и изследване на високорискови патогени.
Безопасност на фуража	Строг контрол върху внасяните продукти; разработете нова технология за производство на фуражи, за да дезактивирате възможните ASFV, съществуващи контаминанти във фуражните съставки или пълноценния фураж, и осигурете безопасността на грубите фуражи чрез съхранение за определен период от добиването им.

#### 4. Повторно населване (репопулация) на свинеферми

След първото избухване на АЧС през август 2018 г., популацията на свине в Китай започна бързо да намалява и се стигна до критичното ѝ смаляване.[7] Земеделските производители се опитваха да заселят отново свинефермите, но повечето ранни опити се проваляха.

Според данните от мониторинга за 400 определени окръга в Китай, издадени от MARA, през ноември 2019 г. общият брой на живите прасета в страната се е възстановил за първи път, което е увеличение от 2,0% спрямо предходния месец [102]. По-окуражаващо е, че броят на свинете майки за разплод е постигнал увеличение от 0,6% на месец за първи път през октомври 2019 г., а след това продължи месечния ръст за пет последователни месеца.

През февруари 2020 г. броят на свинете майки за разплод се е увеличил с 10,0% в сравнение със септември 2019 г., а до края на юни 2021 г. броят на свинете майки за разплод и общата популация на свине достигнаха съответно 45,64 милиона и 439 милиона, най-накрая близо до една нормална година, което разкрива, че повторното заселване на свинеферми в Китай е било успешно [103].

В сравнение с малките и средните свинеферми, големите свиневъдни предприятия са постигнали по-добро възстановяване на производството поради предимствата на наличие на капиталови средства и въвеждането на съвременни технологии. Например, броят на свинете майки в Heilongjiang Dabeinong Agriculture and Husbandry Food Co., Ltd. (Heilongjiang, Китай), едно от най-големите предприятия за отглеждане на свине в Китай, се е увеличил от 57 000 преди избухването на АЧС до над 95 000 понастоящем, увеличение от 67%.

Един от съавторите на тази статия участва в повторното заселване на тринадесет свинеферми от юни 2019 г. Броят на свинете майки в тези новозаселени ферми варира от 3000 до 5000. До май 2021 г. всички тринадесет свинеферми са влезли в нормално производство, постигайки 100% успех при повторното заселване.

**Повторното заселване на свинеферми включва шест стъпки**, както е показано на Фигура 4, а ключовите технически точки са обобщени в **Таблица 5**. Подходът и прилагането на репродукцията на свинеферми в Китай може да предостави референция, която може да бъде следвана от останалите държави по света.



*Фигура 4. Блок-схема за повторно заселване на свинеферми. Първоначално трябва да се направи оценка на риска от репопулация. След това се създават или обновяват съответните съоръжения, за да се подобри нивото на управление на биосигурността. След това фермата се почиства и дезинфектира старателно, а ефикасността на дезинфекцията и био безопасността на фермата се оценяват чрез лабораторни тестове за дезинфекция и/или контролни оценки на животни преди*

въвеждането на свинете. Накрая се започва нормално производство и инфекциите с ASFV се наблюдават/контролират рутинно.

Таблица 5. Ключови технически точки в шест стъпки при повторно заселване на свинеферми

Стъпки при повторно заселване	Ключови технически точки
Оценка на риска от повторно заселване	Анализиране на причината за огнището на АЧС във фермата и обмисляне ясно дали тя може да бъде отстранена, разследване на епидемичната ситуация на АЧС около фермата (повторно проникване на АЧС често е трудно да се избегне във ферми с дефекти в избора на местоположение).
Подобряване на нивото на управление на биосигурността	Съответни съоръжения (входен коридор за персонала, стая за изолация, ограда, център за сушене на превозни средства и материали, звено за отглеждане на млади майки (GDU), станция за трансфер на материали, център за измиване и дезинфекция на превозни средства, помещение за прехвърляне на унищожени прасета и кула за прехвърляне и съхранение на фураж) трябва да бъдат изградени или обновени; трябва да се създадат специални контролни точки за биосигурността, да се определят длъжностните отговорности, да се наемат нови служители и да се провежда редовно стриктно обучение.
Дезинфекция на фермата	За дезинфекцията на водата може да се изберат дезинфектанти, съдържащи хлор или органична киселина; натриев хидроксид може да бъде избран за дезинфекция на канализация, а калиев персулфат може да се използва за дезинфекция на околната среда; дезинфекцията на халетата може да се комбинира с конвенционални дезинфектанти, гореща вода, изгаряне с пламък, празно сушене, фумигация с формалдехид. За дезинфекция на превозни средства могат да се използват детергенти и дезинфектанти, комбинирани със сушене при висока температура.
Оценка на ефикасността на дезинфекцията и безопасността на фермата	Памучни тампони от околната среда и халетата се събират и изпращат в лабораторията за тестване на АЧС, за да се оценят резултатите от дезинфекцията. Повторното заселване със здрави животни трябва да се предприема само когато тестовите след дезинфекция и/или контролните оценки на сентинелните животни разкрият, че в помещенията има малка вероятност за оцеляване на остатъчни патогени [92].
Въвеждане на прасета	Новите майки/прасета идват от ферми за разплод с двойно отрицателни резултати за антигени и антитела на ASFV. Използването на затворени и климатизирани превозни средства или превозни средства, оборудвани със системи за филтриране на въздуха, за да се гарантира безопасността на транспортирането. Последните трябва да бъдат изолирани и наблюдавани в GDU в продължение на най-малко 30 дни. През това време се събират и тестват проби от слюнка и кръв и отрицателните резултати от ASFV ще позволят на свинете да бъдат населени в помещенията на фермата.
Нормално производство и ASFV монитор	Вземат се тампонни проби от целия персонал и влизащи превозни средства за лабораторно изследване на АЧС. Редовно се събират и тестват проби от кръв и слюнка от болни прасета и тампонни проби от лопатките на вентилаторите в халетата. След като се открие положителен резултат, е необходимо да се активират съответните мерки за ранно предупреждение и процедури за коригиране на грешки.

## 5. ЗАКЛЮЧЕНИЯ

ASFV има история от повече от 100 години в световен мащаб. Предвидимо е, че ще продължи да застрашава индустрията за свине и свързаните с нея индустрии в



страните по света за дълго време в бъдеще. Въпреки че мерките за предотвратяване и контрол на АЧС все още са ограничени, опитът, натрупан при успешните и неуспешни опити за превенция и контрол на АЧС, може да даде насоки на практикуващите ветеринарни лекари и фермерите. Пробивите и напредъкът, постигнат в ASF LAVs и векторни ваксини, антивирусните препарати, използвани против ASFV и генетично устойчиви на ASFV прасета, придружени от възстановяването на популацията на свине в Китай, ще предадат положителна енергия и увереност на бизнес операторите и практикуващите ветеринарни лекари. Ако имаме научен подход към трите ключови елемента в **предаването на вирус на АЧС**, гарантираме **биосигурността на свиневъдните ферми** и извършваме **повторното заселване стъпка по стъпка**, кампанията за превенция и контрол на АЧС със сигурност ще бъде успешна.



*Други научни становища и актуална информация от областта на здравето, хуманното отношение и благосъстоянието на животните, антимикробната резистентност, както и оценка на риска по цялата хранителна верига може да намерите на сайта на Центъра за оценка на риска по хранителната верига:*

*Както и други материали:*

<http://corhv.government.bg/>

<http://corhv.government.bg/?cat=27>

<http://corhv.government.bg/?cat=71>

2.02.2022 г. д-р Мадлен Василева

### **Използвана литература и повече подробности:**

Liu, Y.; Zhang, X.; Qi, W.; Yang, Y.; Liu, Z.; An, T.; Wu, X.; Chen, J. Prevention and Control Strategies of African Swine Fever and Progress on Pig Farm Repopulation in China. *Viruses* **2021**, *13*, 2552. <https://doi.org/10.3390/v13122552>

<https://www.mdpi.com/1999-4915/13/12/2552>

***Прилагаме библиографията от оригиналната статия, тъй като е ползван задълбочен и подробен преглед на научната литература, който може да ви бъде полезен:***

1. Wang, N.; Zhao, D.; Wang, J.; Zhang, Y.; Wang, M.; Gao, Y.; Li, F.; Wang, J.; Bu, Z.; Rao, Z.; et al. Architecture of African swine fever virus and implications for viral assembly. *Science* **2019**, *366*, 640–644. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]

2. Zhao, D.; Liu, R.; Zhang, X.; Li, F.; Wang, J.; Zhang, J.; Liu, X.; Wang, L.; Zhang, J.; Wu, X.; et al. Replication and virulence in pigs of the first African swine fever virus isolated in China. *Emerg. Microbes Infect.* **2019**, *8*, 438–447. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]

3. Eustace Montgomery, R. On A Form of Swine Fever Occurring in British East Africa (Kenya Colony). *J. Comp. Pathol. Ther.* **1921**, *34*, 159–191. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]

4. Netherton, C.L.; Connell, S.; Benfield, C.T.O.; Dixon, L.K. The Genetics of Life and Death: Virus-Host Interactions Underpinning Resistance to African Swine Fever, a Viral Hemorrhagic Disease. *Front. Genet* **2019**, *10*, 402. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]

5. Penrith, M.L.; Vosloo, W. Review of African swine fever: Transmission, spread and control. *J. S. Afr. Vet. Assoc.* **2009**, *80*, 58–62. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]

6. Li, X.; Tian, K. African swine fever in China. *Vet. Rec.* **2018**, *183*, 300–301. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]

7. Gavier-Widen, D.; Stahl, K.; Dixon, L. No hasty solutions for African swine fever. *Science* **2020**, *367*, 622–624. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
8. FAO. ASF Situation in Asia Update. Available online: [http://www.fao.org/ag/againfo/programmes/en/empres/ASF/situation\\_update.html](http://www.fao.org/ag/againfo/programmes/en/empres/ASF/situation_update.html) (accessed on 26 November 2021).
9. Chen, W.Y.; Zhao, D.M.; He, X.J.; Liu, R.Q.; Wang, Z.L.; Zhang, X.F.; Li, F.; Shan, D.; Chen, H.F.; Zhang, J.W.; et al. A seven-gene-deleted African swine fever virus is safe and effective as a live attenuated vaccine in pigs. *Sci. China Life Sci.* **2020**, *63*, 623–634. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
10. Hayes, D.; Fabiosa, J.; Elobeid, A.; Carriquiry, M. *Economy Wide Impacts of a Foreign Animal Disease in the United States*; Working Paper 11-WP 525. 2011; Center for Agricultural and Rural Development, Iowa State University: Ames, IA, USA, 2011. [[Google Scholar](#)]
11. Dixon, L.K.; Sun, H.; Roberts, H. African swine fever. *Antivir. Res.* **2019**, *165*, 34–41. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
12. Sanchez-Vizcaino, J.M.; Mur, L.; Gomez-Villamandos, J.C.; Carrasco, L. An update on the epidemiology and pathology of African swine fever. *J. Comp. Pathol.* **2015**, *152*, 9–21. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
13. Guinat, C.; Gogin, A.; Blome, S.; Keil, G.; Pollin, R.; Pfeiffer, D.U.; Dixon, L. Transmission routes of African swine fever virus to domestic pigs: Current knowledge and future research directions. *Vet. Rec.* **2016**, *178*, 262–267. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
14. Guinat, C.; Reis, A.L.; Netherton, C.L.; Goatley, L.; Pfeiffer, D.U.; Dixon, L. Dynamics of African swine fever virus shedding and excretion in domestic pigs infected by intramuscular inoculation and contact transmission. *Vet. Res.* **2014**, *45*, 93. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
15. Karalyan, Z.; Avetisyan, A.; Avagyan, H.; Ghazaryan, H.; Vardanyan, T.; Manukyan, A.; Semerjyan, A.; Voskanyan, H. Presence and survival of African swine fever virus in leeches. *Vet. Microbiol.* **2019**, *237*, 108421. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
16. Olesen, A.S.; Lohse, L.; Hansen, M.F.; Boklund, A.; Halasa, T.; Belsham, G.J.; Rasmussen, T.B.; Botner, A.; Bodker, R. Infection of pigs with African swine fever virus via ingestion of stable flies (*Stomoxys calcitrans*). *Transbound. Emerg. Dis.* **2018**, *65*, 1152–1157. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
17. Wang, Y.; Gao, L.; Li, Y.; Xu, Q.; Yang, H.; Shen, C.; Huang, B. African swine fever in China: Emergence and control. *J. Biosaf. Biosecur.* **2019**, *1*, 7–8. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
18. Marisa, A.; Ana, D.; Linda, D.; Carmina, G.; Ferran, J.; Alberto, L.; Carlos, M.; Michael, P.R.; Yolanda, R.; Fernando Jose-Manuel, R.J.V. Approaches and Perspectives for Development of African Swine Fever Virus Vaccines. *Vaccines* **2017**, *5*, 35. [[Google Scholar](#)]
19. Golnar, A.J.; Martin, E.; Wormington, J.D.; Kading, R.C.; Teel, P.D.; Hamer, S.A.; Hamer, G.L. Reviewing the Potential Vectors and Hosts of African Swine Fever Virus Transmission in the United States. *Vector Borne Zoonotic Dis.* **2019**, *19*, 512–524. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
20. Revilla, Y.; Pérez-Núñez, D.; Richt, J.A. African Swine Fever Virus Biology and Vaccine Approaches. *Adv. Virus Res.* **2018**, *100*, 41–74. [[Google Scholar](#)]
21. Boinas, F.S.; Wilson, A.J.; Hutchings, G.H.; Martins, C.; Dixon, L.J. The persistence of African swine fever virus in field-infected *Ornithodoros erraticus* during the ASF endemic period in Portugal. *PLoS ONE* **2011**, *6*, e20383. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
22. Patrick, B.N.; Machuka, E.M.; Githae, D.; Banswe, G.; Amimo, J.O.; Ongus, J.R.; Masembe, C.; Bishop, R.P.; Steinaa, L.; Djikeng, A.; et al. Evidence for the presence of African swine fever virus in apparently healthy pigs in South-Kivu Province of the Democratic Republic of Congo. *Vet. Microbiol.* **2020**, *240*, 108521. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
23. Penrith, M.L.; Lopes Pereira, C.; Lopes da Silva, M.M.; Quembo, C.; Nhamusso, A.; Banze, J. African swine fever in Mozambique: Review, risk factors and considerations for control. *Onderstepoort. J. Vet. Res.* **2007**, *74*, 149–160. [[Google Scholar](#)]
24. Fischer, M.; Mohnke, M.; Probst, C.; Pikalo, J.; Conraths, F.J.; Beer, M.; Blome, S. Stability of African swine fever virus on heat-treated field crops. *Transbound. Emerg. Dis.* **2020**, *67*, 2318–2323. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
25. Kalmar, I.D.; Cay, A.B.; Tignon, M. Sensitivity of African swine fever virus (ASFV) to heat, alkalinity and peroxide treatment in presence or absence of porcine plasma. *Vet. Microbiol.* **2018**, *219*, 144–149. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
26. Mazur-Panasiuk, N.; Zmudzki, J.; Wozniakowski, G. African Swine Fever Virus—Persistence in Different Environmental Conditions and the Possibility of its Indirect Transmission. *J. Vet. Res.* **2019**, *63*, 303–310. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
27. Beltrán-Alcrudo, D.; Arias, M.; Gallardo, C.; Kramer, S.; Penrith, M.L. *African Swine Fever: Detection and Diagnosis—A Manual for Veterinarians*; FAO Animal Production and Health Manual No. 19; Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO): Rome, Italy, 2017; p. 88. [[Google Scholar](#)]

28. Juszkiwicz, M.; Walczak, M.; Wozniakowski, G. Characteristics of selected active substances used in disinfectants and their virucidal activity against ASFV. *J. Vet. Res.* **2019**, *63*, 17–25. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
29. Dee, S.A.; Bauermann, F.V.; Niederwerder, M.C.; Singrey, A.; Clement, T.; de Lima, M.; Long, C.; Patterson, G.; Sheahan, M.A.; Stoian, A.M.M.; et al. Survival of viral pathogens in animal feed ingredients under transboundary shipping models. *PLoS ONE* **2018**, *13*, e0194509. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
30. Niederwerder, M.C.; Stoian, A.M.M.; Rowland, R.R.R.; Dritz, S.S.; Petrovan, V.; Constance, L.A.; Gebhardt, J.T.; Olcha, M.; Jones, C.K.; Woodworth, J.C. Infectious Dose of African Swine Fever Virus When Consumed Naturally in Liquid or Feed. *Emerg. Infect. Dis.* **2019**, *25*, 891–897. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
31. Greig, A. Pathogenesis of African swine fever in pigs naturally exposed to the disease. *J. Comp. Pathol.* **1972**, *82*, 73–79. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
32. Pietschmann, J.; Guinat, C.; Beer, M.; Pronin, V.; Tauscher, K.; Petrov, A.; Keil, G.; Blome, S. Course and transmission characteristics of oral low-dose infection of domestic pigs and European wild boar with a Caucasian African swine fever virus isolate. *Arch. Virol.* **2015**, *160*, 1657–1667. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
33. Olesen, A.S.; Lohse, L.; Boklund, A.; Halasa, T.; Gallardo, C.; Pejsak, Z.; Belsham, G.J.; Rasmussen, T.B.; Botner, A. Transmission of African swine fever virus from infected pigs by direct contact and aerosol routes. *Vet. Microbiol.* **2017**, *211*, 92–102. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
34. Kipanyula, M.J.; Nong'ona, S.W. Variations in clinical presentation and anatomical distribution of gross lesions of African swine fever in domestic pigs in the southern highlands of Tanzania: A field experience. *Trop. Anim. Health Prod.* **2017**, *49*, 303–310. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
35. Sanchez-Vizcaino, J.M.; Mur, L.; Martinez-Lopez, B. African swine fever: An epidemiological update. *Transbound. Emerg. Dis.* **2012**, *59* (Suppl. 1), 27–35. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
36. MacLachlan, N.J.; Dubovi, E.J. *Fenner's Veterinary Virology*, 5th ed.; Academic Press: San Diego, CA, USA, 2017; pp. 175–182. [[Google Scholar](#)]
37. De Carvalho Ferreira, H.C.; Weesendorp, E.; Quak, S.; Stegeman, J.A.; Loeffen, W.L. Quantification of airborne African swine fever virus after experimental infection. *Vet. Microbiol.* **2013**, *165*, 243–251. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
38. De Carvalho Ferreira, H.C.; Weesendorp, E.; Elbers, A.R.; Bouma, A.; Quak, S.; Stegeman, J.A.; Loeffen, W.L. African swine fever virus excretion patterns in persistently infected animals: A quantitative approach. *Vet. Microbiol.* **2012**, *160*, 327–340. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
39. Alexandersen, S.; Brotherhood, I.; Donaldson, A.I. Natural aerosol transmission of foot-and-mouth disease virus to pigs: Minimal infectious dose for strain O1 Lausanne. *Epidemiol. Infect.* **2002**, *128*, 301–312. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
40. Wilkinson, P.J.; Donaldson, A.I.; Greig, A.; Bruce, W. Transmission studies with African swine fever virus. Infections of pigs by airborne virus. *J. Comp. Pathol.* **1977**, *87*, 487–495. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
41. Penrith, M.L. African swine fever. *Onderstepoort. J. Vet. Res.* **2009**, *76*, 91–95. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
42. Pietschmann, J.; Mur, L.; Blome, S.; Beer, M.; Perez-Sanchez, R.; Oleaga, A.; Sanchez-Vizcaino, J.M. African swine fever virus transmission cycles in Central Europe: Evaluation of wild boar-soft tick contacts through detection of antibodies against *Ornithodoros erraticus* saliva antigen. *BMC Vet. Res.* **2016**, *12*, 1. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
43. Burrage, T.G. African swine fever virus infection in *Ornithodoros* ticks. *Virus Res.* **2013**, *173*, 131–139. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
44. Frant, M.; Wozniakowski, G.; Pejsak, Z. African swine fever (ASF) and ticks. No risk of tick-mediated ASF spread in Poland and Baltic states. *J. Vet. Res.* **2017**, *61*, 375–380. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
45. Manzanoromán, R.; Díazmartín, V. *Soft Ticks as Pathogen Vectors: Distribution, Surveillance and Control*; Intech: Rijeka, Croatia, 2012; pp. 125–162. [[Google Scholar](#)]
46. Zhang, Y.K.; Zhang, X.Y.; Liu, J.Z. Ticks (Acari: Ixodoidea) in China: Geographical distribution, host diversity, and specificity. *Arch. Insect. Biochem.* **2019**, *102*, e21544. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
47. Chen, Z.; Xu, X.F.; Wang, Y.F.; Bei, J.L.; Jin, X.F.; Dou, W.H.; Ji, H.S.; Duan, Y.J.; Yang, X.J.; Gao, S. DNA segments of African Swine Fever Virus detected for the first time in hard ticks from sheep and bovines. *Syst. Appl. Acarol.-UK* **2019**, *24*, 180–184. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
48. Mellor, P.S.; Kitching, R.P.; Wilkinson, P.J. Mechanical transmission of capripox virus and African swine fever virus by *Stomoxys calcitrans*. *Res. Vet. Sci.* **1987**, *43*, 109–112. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
49. Anchez Botija, C.B.C. African swine fever virus in *Haematopinus suis*. *Bulletin de l'Office International des Épizooties* **1966**, *66*, 699–705. [[Google Scholar](#)]
50. Forth, J.H.; Amendt, J.; Blome, S.; Depner, K.; Kampen, H. Evaluation of blowfly larvae (Diptera: Calliphoridae) as possible reservoirs and mechanical vectors of African swine fever virus. *Transbound. Emerg. Dis.* **2018**, *65*, e210–e213. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]



51. Gallardo, C.; Fernandez-Pinero, J.; Pelayo, V.; Gazaev, I.; Markowska-Daniel, I.; Pridotkas, G.; Nieto, R.; Fernandez-Pacheco, P.; Bokhan, S.; Nevolko, O.; et al. Genetic Variation among African Swine Fever Genotype II Viruses, Eastern and Central Europe. *Emerg. Infect. Dis.* **2014**, *20*, 1544–1547. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
52. Thacker, B.J.; Larsen, R.E.; Joo, H.S.; Leman, A.D. Swine diseases transmissible with artificial insemination. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* **1984**, *185*, 511–516. [[Google Scholar](#)]
53. Schlafer, D.H.; Mebus, C.A. Abortion in sows experimentally infected with African swine fever virus: Pathogenesis studies. *Am. J. Vet. Res.* **1987**, *48*, 246–254. [[Google Scholar](#)]
54. Antiabong, J.; Owolodun, O.; Adefalajo, O.; Yakubu, B.; Ogedengbe, M.; Shamaki, D. Molecular Evidence of Transplacental (Vertical) Route of Transmission of African Swine Fever In Foetus of Pig: A Case Report. *Internet J. Vet. Med.* **2006**, *2*, 2. [[Google Scholar](#)]
55. Hess, W.R. African swine fever virus. *Virol. Monogr.* **1971**, *9*, 1–33. [[Google Scholar](#)]
56. Rock, D.L. Challenges for African swine fever vaccine development—“Perhaps the end of the beginning”. *Vet. Microbiol.* **2017**, *206*, 52–58. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
57. Blome, S.; Gabriel, C.; Beer, M. Modern adjuvants do not enhance the efficacy of an inactivated African swine fever virus vaccine preparation. *Vaccine* **2014**, *32*, 3879–3882. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
58. Stone, S.S.; Hess, W.R. Antibody response to inactivated preparations of African swine fever virus in pigs. *Am. J. Vet. Res.* **1967**, *28*, 475–481. [[Google Scholar](#)]
59. Forman, A.J.; Wardley, R.C.; Wilkinson, P.J. The immunological response of pigs and guinea pigs to antigens of African swine fever virus. *Arch. Virol.* **1982**, *74*, 91–100. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
60. Argilaguuet, J.M.; Perez-Martin, E.; Gallardo, C.; Salguero, F.J.; Borrego, B.; Lacasta, A.; Accensi, F.; Diaz, I.; Nofrarias, M.; Pujols, J.; et al. Enhancing DNA immunization by targeting ASFV antigens to SLA-II bearing cells. *Vaccine* **2011**, *29*, 5379–5385. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
61. Sunwoo, S.Y.; Pérez-Núñez, D.; Morozov, I.; Sánchez, E.; Gaudreault, N.; Trujillo, J.; Mur, L.; Nogal, M.; Madden, D.; Urbaniak, K.J.V. DNA-Protein Vaccination Strategy Does Not Protect from Challenge with African Swine Fever Virus Armenia 2007 Strain. *Vaccines* **2019**, *7*, 12. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
62. Gómez-Puertas, P.; Rodríguez, F.; Oviedo, J.M.; Brun, A.; Alonso, C.; Escribano, J.M. The African swine fever virus proteins p54 and p30 are involved in two distinct steps of virus attachment and both contribute to the antibody-mediated protective immune response. *Virology* **1998**, *243*, 461–471. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
63. Murgia, M.V.; Mogler, M.; Certoma, A.; Green, D.; Monaghan, P.; Williams, D.T.; Rowland, R.R.R.; Gaudreault, N.N. Evaluation of an African swine fever (ASF) vaccine strategy incorporating priming with an alphavirus-expressed antigen followed by boosting with attenuated ASF virus. *Arch. Virol.* **2019**, *164*, 359–370. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
64. Neilan, J.G.; Zsak, L.; Lu, Z.; Burrage, T.G.; Kutish, G.F.; Rock, D.L. Neutralizing antibodies to African swine fever virus proteins p30, p54, and p72 are not sufficient for antibody-mediated protection. *Virology* **2004**, *319*, 337–342. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
65. Sanchez, E.G.; Perez-Nunez, D.; Revilla, Y. Development of vaccines against African swine fever virus. *Virus Res.* **2019**, *265*, 150–155. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
66. Goatley, L.C.; Reis, A.L.; Portugal, R.; Goldswain, H.; Shimmion, G.L.; Hargreaves, Z.; Ho, C.S.; Montoya, M.; Sanchez-Cordon, P.J.; Taylor, G.; et al. A Pool of Eight Virally Vected African Swine Fever Antigens Protect Pigs against Fatal Disease. *Vaccines* **2020**, *8*, 234. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
67. Borca, M.V.; Ramirez-Medina, E.; Silva, E.; Vuono, E.; Rai, A.; Pruitt, S.; Holinka, L.G.; Velazquez-Salinas, L.; Zhu, J.; Gladue, D.P. Development of a Highly Effective African Swine Fever Virus Vaccine by Deletion of the I177L Gene Results in Sterile Immunity against the Current Epidemic Eurasia Strain. *J. Virol.* **2020**, *94*, e02017-19. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
68. Monteagudo, P.L.; Lacasta, A.; Lopez, E.; Bosch, L.; Collado, J.; Pina-Pedrero, S.; Correa-Fiz, F.; Accensi, F.; Navas, M.J.; Vidal, E.; et al. BA71DeltaCD2: A New Recombinant Live Attenuated African Swine Fever Virus with Cross-Protective Capabilities. *J. Virol.* **2017**, *91*, e01058-17. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
69. O'Donnell, V.; Risatti, G.R.; Holinka, L.G.; Krug, P.W.; Carlson, J.; Velazquez-Salinas, L.; Azzinaro, P.A.; Gladue, D.P.; Borca, M.V. Simultaneous Deletion of the 9GL and UK Genes from the African Swine Fever Virus Georgia 2007 Isolate Offers Increased Safety and Protection against Homologous Challenge. *J. Virol.* **2017**, *91*, e01760-16. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
70. Reis, A.L.; Goatley, L.C.; Jabbar, T.; Sanchez-Cordon, P.J.; Netherton, C.L.; Chapman, D.A.G.; Dixon, L.K. Deletion of the African Swine Fever Virus Gene DP148R Does Not Reduce Virus Replication in Culture but Reduces Virus Virulence in Pigs and Induces High Levels of Protection against Challenge. *J. Virol.* **2017**, *91*, e01428-17. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
71. Colpitts, C.C.; Ustinov, A.V.; Epand, R.F.; Epand, R.M.; Korshun, V.A.; Schang, L.M. 5-(Perylen-3-yl)ethynyl-arabino-uridine (aUY11), an arabino-based rigid amphipathic fusion inhibitor, targets virion envelope

- lipids to inhibit fusion of influenza virus, hepatitis C virus, and other enveloped viruses. *J. Virol.* **2013**, *87*, 3640–3654. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
72. Hakobyan, A.; Galindo, I.; Nanez, A.; Arabyan, E.; Karalyan, Z.; Chistov, A.A.; Streshnev, P.P.; Korshun, V.A.; Alonso, C.; Zakaryan, H. Rigid amphipathic fusion inhibitors demonstrate antiviral activity against African swine fever virus. *J. Gen. Virol.* **2018**, *99*, 148–156. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
73. Freitas, F.B.; Frouco, G.; Martins, C.; Leitao, A.; Ferreira, F. In vitro inhibition of African swine fever virus-topoisomerase II disrupts viral replication. *Antivir. Res.* **2016**, *134*, 34–41. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
74. Mottola, C.; Freitas, F.B.; Simoes, M.; Martins, C.; Leitao, A.; Ferreira, F. In vitro antiviral activity of fluoroquinolones against African swine fever virus. *Vet. Microbiol.* **2013**, *165*, 86–94. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
75. Galindo, I.; Hernaez, B.; Berna, J.; Fenoll, J.; Cenis, J.L.; Escribano, J.M.; Alonso, C. Comparative inhibitory activity of the stilbenes resveratrol and oxyresveratrol on African swine fever virus replication. *Antivir. Res.* **2011**, *91*, 57–63. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
76. Sánchez, E.; Quintas, A.; Pérez-Núñez, D.; Nogal, M.; Barroso, S.; Carrascosa, Á.; Revilla, Y. African swine fever virus uses macropinocytosis to enter host cells. *PLoS Pathog.* **2012**, *8*, e1002754. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
77. Arias, M.; Jurado, C.; Gallardo, C.; Fernandez-Pinero, J.; Sanchez-Vizcaino, J.M. Gaps in African swine fever: Analysis and priorities. *Transbound. Emerg. Dis.* **2018**, *65* (Suppl. 1), 235–247. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
78. Penrith, M.L.; Vosloo, W.; Jori, F.; Bastos, A.D.S. African swine fever virus eradication in Africa. *Virus Res.* **2013**, *173*, 228–246. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
79. Bishop, S.C.; Axford, R.F.E.; Nicholas, F.W.; Owen, J.B. *Breeding for Disease Resistance in Farm Animals*; CABI: Wallingford, UK, 2010. [[Google Scholar](#)]
80. Gallardo, M.C.; Reoyo, A.T.; Fernandez-Pinero, J.; Iglesias, I.; Munoz, M.J.; Arias, M.L. African swine fever: A global view of the current challenge. *Porc. Health Manag.* **2015**, *1*, 21. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
81. Palgrave, C.J.; Gilmour, L.; Lowden, C.S.; Lillico, S.G.; Mellencamp, M.A.; Whitelaw, C.B. Species-specific variation in RELA underlies differences in NF-kappaB activity: A potential role in African swine fever pathogenesis. *J. Virol.* **2011**, *85*, 6008–6014. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
82. Lillico, S.G.; Proudfoot, C.; King, T.J.; Tan, W.; Zhang, L.; Mardjuki, R.; Paschon, D.E.; Rebar, E.J.; Urnov, F.D.; Mileham, A.J.; et al. Mammalian interspecies substitution of immune modulatory alleles by genome editing. *Sci. Rep.* **2016**, *6*, 21645. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
83. Proudfoot, C.; Lillico, S.; Tait-Burkard, C. Genome editing for disease resistance in pigs and chickens. *Anim. Front.* **2019**, *9*, 6–12. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
84. McCleary, S.; Strong, R.; McCarthy, R.R.; Edwards, J.C.; Howes, E.L.; Stevens, L.M.; Sánchez-Cordón, P.J.; Núñez, A.; Watson, S.; Mileham, A.J.; et al. Substitution of warthog NF-κB motifs into RELA of domestic pigs is not sufficient to confer resilience to African swine fever virus. *Sci. Rep.* **2020**, *10*, 8951. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
85. Sanchez-Torres, C.; Gomez-Puertas, P.; Gomez-del-Moral, M.; Alonso, F.; Escribano, J.M.; Ezquerro, A.; Dominguez, J. Expression of porcine CD163 on monocytes/macrophages correlates with permissiveness to African swine fever infection. *Arch. Virol.* **2003**, *148*, 2307–2323. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
86. Whitworth, K.M.; Rowland, R.R.R.; Ewen, C.L.; Tribble, B.R.; Kerrigan, M.A.; Cino-Ozuna, A.G.; Samuel, M.S.; Lightner, J.E.; McLaren, D.G.; Mileham, A.J.; et al. Gene-edited pigs are protected from porcine reproductive and respiratory syndrome virus. *Nat. Biotechnol.* **2016**, *34*, 20–22. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
87. Lithgow, P.; Takamatsu, H.; Werling, D.; Dixon, L.; Chapman, D. Correlation of cell surface marker expression with African swine fever virus infection. *Vet. Microbiol.* **2014**, *168*, 413–419. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
88. Popescu, L.; Gaudreault, N.N.; Whitworth, K.M.; Murgia, M.V.; Nietfeld, J.C.; Mileham, A.; Samuel, M.; Wells, K.D.; Prather, R.S.; Rowland, R.R.R. Genetically edited pigs lacking CD163 show no resistance following infection with the African swine fever virus isolate, Georgia 2007/1. *Virology* **2017**, *501*, 102–106. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
89. Penrith, M.L.; Thomson, G.R.; Bastos, A.D.S.; Phiri, O.C.; Lubisi, B.A.; Du Plessis, E.C.; Macome, F.; Pinto, F.; Botha, B.; Esterhuysen, J. An investigation into natural resistance to African swine fever in domestic pigs from an endemic area in southern Africa. *Rev. Sci. Tech.* **2004**, *23*, 965–977. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
90. Chen, T.; Chen, Q.M.; Lei, G.E.; Liu, Z.Y.; Zhou, X.T.; Yu, Q.I.; Miao, F.M.; Tian-Wen, W.U.; Wang, L.; Yang, J.J. Characterizing Lansibai-2 pigs, a special breed in China, resistant to African swine fever. *Chin. J. Vet. Sci.* **2020**, *40*, 665–672. [[Google Scholar](#)]
91. Block, S.S. *Disinfection, Sterilization, and Preservation*; Lippincott Williams & Wilkins: Philadelphia, PA, USA, 2001. [[Google Scholar](#)]
92. Kahrs, R.F. General disinfection guidelines. *Rev. Sci. Tech.* **1995**, *14*, 105–163. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]



93. Stone, S.S.; Hess, W.R. Effects of some disinfectants on African swine fever virus. *Appl. Microbiol.* **1973**, *25*, 115–122. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
94. Plowright, W.; Parker, J. The stability of African swine fever virus with particular reference to heat and pH inactivation. *Archiv für die Gesamte Virusforschung* **1967**, *21*, 383–402. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
95. Davies, K.; Goatley, L.C.; Guinat, C.; Netherton, C.L.; Gubbins, S.; Dixon, L.K.; Reis, A.L. Survival of African Swine Fever Virus in Excretions from Pigs Experimentally Infected with the Georgia 2007/1 Isolate. *Transbound. Emerg. Dis.* **2017**, *64*, 425–431. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
96. Sindryakova, I.P.; Morgunov, Y.P.; Chichikin, A.Y.; Gazaev, I.; Kudryashov, D.A.; Tsybanov, S.Z. The influence of temperature on the Russian isolate of African swine fever virus in pork products and feed with extrapolation to natural conditions. *Sel'skokhozyaistvennaya Biologiya* **2016**, *51*, 467–474. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
97. Krug, P.W.; Davis, T.; O'Brien, C.; LaRocco, M.; Rodriguez, L.L. Disinfection of transboundary animal disease viruses on surfaces used in pork packing plants. *Vet. Microbiol.* **2018**, *219*, 219–225. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
98. Guinat, C.; Vergne, T.; Jurado-Diaz, C.; Sanchez-Vizcaino, J.M.; Dixon, L.; Pfeiffer, D.U. Effectiveness and practicality of control strategies for African swine fever: What do we really know? *Vet. Rec.* **2017**, *180*, 97. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
99. Chenais, E.; Lewerin, S.S.; Boqvist, S.; Stahl, K.; Alike, S.; Nokorach, B.; Emanuelson, U. Smallholders' perceptions on biosecurity and disease control in relation to African swine fever in an endemically infected area in Northern Uganda. *BMC Vet. Res.* **2019**, *15*, 279. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
100. Reicks, D.L. Effective biosecurity to protect North American studs and clients from emerging infectious disease. *Theriogenology* **2019**, *137*, 82–87. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
101. Xu, R.D.; Gong, L.; Wang, H.; Zhang, G.H. Disinfection Effect of Short-wave Ultraviolet Radiation(UV-C) on ASFV in Water. *J Infect.* **2020**, *80*, 686–687. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
102. MARA. National Hog Inventory Stopped Falling in November and Started to Rebound. Available online: [http://www.moa.gov.cn/xw/zwdt/201912/t20191209\\_6332995.htm](http://www.moa.gov.cn/xw/zwdt/201912/t20191209_6332995.htm) (accessed on 26 November 2021). (In Chinese)
103. MARA. China's Agricultural and Rural Economic Development Is Stable to Good. Available online: [http://www.moa.gov.cn/xw/shipin/xwzx/202108/t20210803\\_6373433.htm](http://www.moa.gov.cn/xw/shipin/xwzx/202108/t20210803_6373433.htm) (accessed on 26 November 2021). (In Chinese)